

Aus dem Institut für Anatomie  
der Universität Regensburg

Arbeit angefertigt unter Leitung von  
Prof. Dr. med. vet. et. rer. nat. K.-H. Wrobel

vorgelegt über

Prof. Dr. med. vet. P. Walter

Vorstand des Instituts für Histologie und Embryologie der Tiere,  
Universität München

Histologische und elektronen-  
mikroskopische Untersuchungen  
am Eileiter von Rindern  
unter Berücksichtigung des  
hormonellen Status

INAUGURAL-DISSERTATION

zur Erlangung der tiermedizinischen Doktorwürde  
der Tierärztlichen Fakultät  
der Ludwig-Maximilians-Universität München

von

Ingrid Schmidt-Barth  
aus Mainz

München 1981



Aus dem Institut für Anatomie  
der Universität Regensburg

Arbeit angefertigt unter Leitung von  
Prof. Dr. med. vet. et. rer. nat. K.-H. Wrobel

vorgelegt über

Prof. Dr. med. vet. P. Walter

Vorstand des Instituts für Histologie und Embryologie der Tiere,  
Universität München

**Histologische und elektronen-  
mikroskopische Untersuchungen  
am Eileiter von Rindern  
unter Berücksichtigung des  
hormonellen Status**

**INAUGURAL-DISSERTATION**

zur Erlangung der tiermedizinischen Doktorwürde  
der Tierärztlichen Fakultät  
der Ludwig-Maximilians-Universität München

von

**Ingrid Schmidt-Barth**  
aus Mainz

**München 1981**

Gedruckt mit Genehmigung der Tierärztlichen Fakultät  
der Universität München



Dekan: Prof. Dr. J. von Sandersleben

Referent: Prof. Dr. P. Walter

Korreferent: Prof. Dr. M. Rüsse

Tag der Promotion: 24. Juli 1981

## **Inhaltsverzeichnis**

|                                             |           |
|---------------------------------------------|-----------|
| <b>Einleitung</b>                           | <b>1</b>  |
| <b>Material und Methoden</b>                | <b>4</b>  |
| <b>Befunde</b>                              | <b>8</b>  |
| <b>I. Lichtmikroskopische Befunde</b>       | <b>9</b>  |
| <b>II. Elektronenmikroskopische Befunde</b> | <b>31</b> |
| <b>Diskussion</b>                           | <b>48</b> |
| <b>Zusammenfassung</b>                      | <b>57</b> |
| <b>Summary</b>                              | <b>58</b> |
| <b>Literaturverzeichnis</b>                 | <b>59</b> |



Digitized by the Internet Archive  
in 2026

[https://archive.org/details/IA41548324\\_0003](https://archive.org/details/IA41548324_0003)

## Einleitung

Fallopius (1523-1562), Verfasser der *Observationes anatomicae* (1561) lieferte die erste genaue Beschreibung des Eileiters von Mensch, Rind und Huhn (nach Bodemer, 1969). Allerdings wird dieses Organ schon in den medizinischen Schriften aus dem Hindusgebiet und Griechenland erwähnt, wobei sich allerdings fast über 1000 Jahre die Vorstellung hielt, daß der Ovidukt den weiblichen Samen in die Harnblase ableite (Temkin, 1956).

Im Zuge eines gesteigerten Interesses für grundsätzliche fortpflanzungsbiologische Zusammenhänge und wegen der großen wirtschaftlichen Bedeutung des Rindes wurde der Eileiter dieser Spezies wiederholt makroskopisch und mikroskopisch untersucht (Nickel, Schummer und Seiferle, 1961; Ellenberger und Baum, 1977; Grau und Walter, 1967; Hunter, 1977; Lombard, Morgan und Mc.Nutt, 1950; Schilling, 1962 und 1968; Björkman und Fredricsson, 1961).

Nach dem heutigen Wissensstand kommen dem Eileiter aller höheren Säugetiere folgende Funktionen zu:

- Transport von Samenzellen. Hierbei sind eine Reihe von Faktoren bemerkenswert: Viele Millionen von Spermatozoen sind im Ejakulat für eine optimale Fertilität notwendig; dennoch erreichen von diesen wahrscheinlich nur wenige Hundert den Eileiter. Die aktiv zu bewältigende Passage des Ostium uterini tubae scheint für die Spermien dabei das größte Hindernis darzustellen.
- Samenspeicherfunktion. Bei einigen Spezies (Fledermäusen) können männliche Samenzellen über Monate im weiblichen Genitale (Uterus und Eileiter) befruchtungsfähig überleben.
- Ort der Kapazitation und Akrosomreaktion. Durch mehrstündigen Aufenthalt im Tubenlumen verlieren die männlichen Samenzellen den Akrosom-Inhibiting-Faktor und sind an-

schließlich fähig, die Akrosomreaktion ablaufen zu lassen. Durch diesen irreversiblen Vorgang werden hydrolytische akrosomale Enzyme aktiviert und freigesetzt, mit deren Hilfe das Spermium die Zona pellucida durchdringt.

- Ort der Befruchtung. Die Lebensspanne des ovulierten Eies beträgt bei den Spezies generell zwischen 5 und 30 Stunden. Die Befruchtung findet im ovarseitigen Bereich des Eileiters statt; beim Menschen verharret das befruchtete Ei etwa 72 Stunden in der Ampulle und wird dann sehr schnell in etwa 8 Stunden durch den Isthmus transportiert (Croxatto, Ortiz, Diaz, Hess, Balmaceda und Croxatto, 1978; Pauerstein, 1978).
- Ei- und Embryotransport. Die autochthone Tubenmuskulatur sowie die auxilläre Tubenmuskulatur der Nachbarschaft (subseröse, mesosalpingeale, perivaskuläre Muskelbündel) garantieren durch ihre koordinierte Tätigkeit eine erfolgreiche Eiabnahme während der Ovulation.

Für den Transport des jungen Embryos durch den Ovidukt, der trotz erheblicher Unterschiede in der Tubenlänge bei den Spezies relativ gleichbleibend drei bis vier Tage beträgt, sind vor allem Kontraktion der autochthonen Tubenmuskulatur, Zilienschlag und uteruswärts gerichteter Sekretstrom verantwortlich gemacht worden. Über den Anteil dieser Faktoren am Transportgeschehen herrschen aber noch erhebliche Kontroversen (Hunter, 1977; Anand und Guha, 1978; Schilling, 1968).

Die bisher vorliegenden histologischen und ultrastrukturellen Untersuchungen am Rindereileiter beschränken sich auf einzelne Gebiete des etwa 20 bis 30 cm langen Gebildes. Üblicherweise wurde bei diesen Untersuchungen die Einteilung in Infundibulum, Ampulle, Isthmus und Pars uterina vom Menschen übernommen, obwohl diese Abschnitte beim Rind nicht deutlich gegeneinander abgesetzt sind. Auch schien uns

die Entnahme von nur vier repräsentativen Proben pro Eileiter nicht ausreichend, um etwaige regionale Besonderheiten zu entdecken oder Aussagen über kontinuierliche Zustandsänderungen zu gestatten. Für die vorliegende Untersuchung wurde der Rindereileiter deswegen in 10 gleichlange Segmente unterteilt. Durch unsere Ergebnisse soll gezeigt werden, welche Teile des Eileiters bei nachfolgenden Untersuchungen besonders beachtet werden müssen und wo sich charakteristische funktionelle und zyklusabhängige Veränderungen am markantesten manifestieren.

Untersuchungen am weiblichen Genitale müssen naturgemäß auch die hormonabhängigen zyklischen physiologischen Veränderungen berücksichtigen. Die wichtigsten Parameter des salpingealen Zyklus sind Epithelhöhe und quantitative Verteilung von Zilienzellen und Sekretionszellen. Die Berücksichtigung des hormonellen Status erfolgte bei unserem Untersuchungsgut auf zweierlei Weise. Einmal wurden Progesteron und 17- $\beta$ -Östradiol im peripheren Blut zum Zeitpunkt der Materialentnahme durch einen RIA bestimmt. Da die Ausschüttung der Sexualsteroidoide praktisch mit circadianen Schwankungen erfolgt, genügten diese Bestimmungen alleine nicht, um eine Einordnung der untersuchten Rinder in Proöstrus, Östrus, Metöstrus und Diöstrus vorzunehmen. Deswegen wurden zusätzlich die Funktionsgebilde (Tertiärfollikel, corpora lutea) beider Ovarien protokolliert.

Unter gleichzeitiger Berücksichtigung von hormonellem Status und einer Segmenteinteilung des Eileiters soll unsere Untersuchung die bisherigen Kenntnisse über dieses Organ ergänzen und erweitern.

## Material und Methoden

Untersucht wurden die Tuben von 21 geschlechtsreifen Kühen der Rasse Deutsches Fleckvieh vom hiesigen Schlachthof.

### I. Bestimmung des hormonellen Status

Es wurden 5ml Blut aus dem Halsschnitt, der zum Entbluten der Tiere quer zum Hals durch die vena jugularis und arteria carotis communis gelegt wird, in EDTA-beschichteten Röhrchen aufgefangen. Die Blutproben wurden eine und eine halbe Stunde später bei 3000 Umdrehungen 5 Minuten lang zentrifugiert. Etwa 2 ml des gewonnenen Serums wurden abpipettiert und einige Tage bis zur weiteren Untersuchung bei  $-15^{\circ}\text{C}$ . aufbewahrt. Zur Bestimmung des Progesteron- und 17- $\beta$ -Östradiolwertes wurden die Seren ins Ludwig-Boltzmann-Institut nach Wien geschickt. Es wurden nur 17- $\beta$ -Östradiolwerte, die über 3 pg/ml lagen, bestimmt.

Tabelle 1

| <u>Rd.</u> | <u>P.</u> | <u>Rd.</u> | <u>P.</u> | <u>Rd.</u> | <u>P.</u> |
|------------|-----------|------------|-----------|------------|-----------|
| 1          | 0,332     | 8          | 0,332     | 15         | 0,03      |
| 2          | 10,21     | 9          | 1,80      | 16         | 0,06      |
| 3          | 0,332     | 10         | 5,04      | 17         | 0,33      |
| 4          | 4,21      | 11         | 10,0      | 18         | 2,23      |
| 5          | 5,49      | 12         | 0,10      | 19         | 12,1      |
| 6          | 6,54      | 13         | 0,02      | 20         | 0,11      |
| 7          | 0,332     | 14         | 0,14      | 21         | 0,22      |

Rd. = Rind      P. = Progesteronwert in ng/ml

| <u>Rd.</u> | <u>Ö.</u> | <u>Rd.</u> | <u>Ö.</u> | <u>Rd.</u> | <u>Ö.</u> |
|------------|-----------|------------|-----------|------------|-----------|
| 7          | 8         | 14         | 12        | 17         | 26        |
| 8          | 3         | 15         | 10        | 20         | 7         |
| 12         | 10        | 16         | 11        | 21         | 27        |
| 13         | 15        |            |           |            |           |

Rd.=Rind

Ö.=17- $\beta$ -Östradiolwert in pg/ml

Die Ovarien der entsprechenden Tiere wurden entnommen, in 10%-igem Formol-Calcium fixiert und durch anschließende Adspektion und Vermessung der Funktionsgebilde (Follikel, corpora lutea) den jeweiligen Zyklusstadien Proöstrus, Östrus, Metöstrus und Diöstrus zugeordnet.

Tabelle 2

| <u>Rd.</u> | <u>O.</u> | <u>C.1.1</u> | <u>C.1.2</u> | <u>F.</u> |
|------------|-----------|--------------|--------------|-----------|
| 1          | 4 x2      | 8x 7         | .            |           |
| 2          | 4 x2,5    | 26x22        | 0            |           |
| 3          | 5,3x1,5   | 7x 5         | 0            |           |
| 4          | 4 x3      | 20x23        | 0            |           |
| 5          | 2,5x3,5   | 26x20        | .            |           |
| 6          | 4 x3      | 27x22        | .            |           |
| 7          | 3,5x2     | 17x15        | 0            |           |
| 8          | 3,5x3     | 22x15        | 0            |           |
| 9          | 4,5x2,5   | 23x22        | 0            |           |
| 10         | 3,5x2     | 20x21        | 0            |           |
| 11         | 4,5x3     | 24x22        | 0            |           |
| 12         | 3,5x2     | 17x15        | 0            | +         |
| 13         | 3,5x2     |              |              | +         |
| 14         | 3,5x2,5   | 13x13        | .            | +         |
| 15         | 3 x2      |              |              | +         |
| 16         | 3 x2      | 16x19        | ,            | +         |
| 17         | 4,5x2,5   |              |              | +         |
| 18         | 3,5x3     | 22x15        | 0            |           |

| <u>Rd.</u> | <u>O.</u> | <u>C.1.1</u> | <u>C.1.2</u> | <u>F.</u> |
|------------|-----------|--------------|--------------|-----------|
| 19         | 4 x4      | 28x27        | 0            |           |
| 20         | 3,5x3     |              |              | +         |
| 21         | 3 x2      | 8x 9         | o            | +         |

Rd. =Rind

O. =Ovar in cm



C.1.1 =Corpus luteum im Anschnitt vermessen in mm

C.1.2 =Corpus luteum äußerlich sichtbar

• linsengroß

O erbsengroß

0 kleinbohnengroß

F. =Follikel

+ als sprungreifer Tertiärfollikel identifizierbar

Im Anschluß an die Entnahme der Tuben wurde die peritubare Serosa entfernt, so daß an den gestreckten Eileitern die Länge gemessen werden konnte.

Tabelle 3

| <u>Rd.</u> | <u>L.r.</u> | <u>L.l.</u> | <u>Rd.</u> | <u>L.r.</u> | <u>L.l.</u> |
|------------|-------------|-------------|------------|-------------|-------------|
| 1          | 21          | 19          | 12         | 20          | 18          |
| 2          | 18          | 17          | 13         | 12          | 16          |
| 3          | 16          | 20          | 14         | 20          | 18          |
| 4          | 24          | 10          | 15         | 24          | 27          |
| 5          | 19          | 20          | 16         | 20          | 22          |
| 6          | 20          | 17          | 17         | 15          | 15          |
| 7          | 25          | 26          | 18         | 19          | 22          |
| 8          | 26          | 28          | 19         | 19          | 23          |
| 9          | 14          | 17          | 20         | 14          | 16          |
| 10         | 22          | 20          | 21         | 16          | 18          |
| 11         | 20          | 20          |            |             |             |

Rd.=Rind

L.r.=Länge rechts in cm

L.l.=Länge links

## II. Lichtmikroskopische Untersuchungen

Jeder Eileiter wurde in 10 gleichlange Segmente unterteilt, wobei die Nummerierung vom abdominalen Ende (Segment 1) bis zum uterinen Ende (Segment 10) erfolgte. Die Segmente wurden in 5%-igem Formol-Calcium fixiert und in Paraffin eingebettet. Beim Anschneiden der Paraffinblöcken wurde das erste Drittel jedes Segmentes verworfen. Die 7  $\mu$ m dicken Schnitte wurden nach der Methode von van-Gieson und Masson-Goldner (mod. nach Jerusalem, 1963) gefärbt.

Repräsentative Epithelstrecken wurden an jedem Segment fotografiert (Fotomikroskop III; Zeiss, Oberkochen) und nachvergrößert.

Folgende Parameter wurden untersucht:

- Querschnitt und Lichtung des Eileiters
- Epithelfaltung und Epithelhöhe, Reihigkeit
- Die verschiedenen Zellen wurden ausgezählt
- Protrusionen an den apikalen Zellteilen der Sekretionszellen notiert
- Basalzellen beachtet
- Das Verhalten der autochthonen Tubenmuskulatur

## III. Elektronenmikroskopische Untersuchungen

Es wurden nochmals am hiesigen Schlachthof Tuben von Rindern geholt. Von diesen Proben wurden von den Segmenten 1/2 und 9/10 Blöckchen, etwa 1x1mm groß, entnommen. Diese wurden mit Glutaraldehyd nach Karnowsky (1965) mit Cacodylatpuffer immersionsfixiert und danach 2 Stunden lang in  $\text{OsO}_4$  nachfixiert. In der aufsteigenden Alkoholreihe wurde das Wasser entzogen. Anschließend wurden sie in ERL eingebettet. Semidünnschnitte wurden nach Richardson gefärbt. Die Ultradünnschnitte wurden mit Bleicitrat und Uranylacetat kontrastiert und in einem Zeiss EM 10A Elektronenmikroskop untersucht.

## Befunde

Aufgrund der Funktionsgebilde am Ovar und der hormonellen Blutwerte und unter Zuhilfenahme der Tabelle aus Grau und Walter(1967) wurden die Tiere in nachfolgende Zyklusstadien eingeteilt.

Tabelle 4

| <u>Rd.</u> | <u>Z.s.</u>        | <u>Rd.</u> | <u>Z.s.</u>        |
|------------|--------------------|------------|--------------------|
| 1          | Diöstrus/Proöstrus | 12         | Proöstrus/Östrus   |
| 2          | Diöstrus           | 13         | Proöstrus/Östrus   |
| 3          | Proöstrus          | 14         | Proöstrus/Östrus   |
| 4          | Diöstrus           | 15         | Östrus             |
| 5          | Diöstrus           | 16         | Proöstrus/Östrus   |
| 6          | Diöstrus           | 17         | Proöstrus/Östrus   |
| 7          | Proöstrus          | 18         | Metöstrus/Diöstrus |
| 8          | Proöstrus          | 19         | Diöstrus           |
| 9          | Metöstrus/Diöstrus | 20         | Proöstrus          |
| 10         | Diöstrus           | 21         | Östrus             |
| 11         | Diöstrus           |            |                    |

Rd.=Rind

Z.s.=Zyklusstadium

Beim Vergleich der hormonellen Blutwerte mit den ovariellen Funktionsgebilden fällt auf, daß in gleichen Zyklusstadien die Höhe der hormonellen Blutwerte sehr breiten Schwankungen unterworfen ist. Bekannt ist außerdem, daß die äußerlich sichtbaren beziehungsweise tastbaren corpora lutea nicht mit ihrer tatsächlichen Größe übereinstimmen.

Dem Thema der Arbeit entsprechend wurden die lichtmikroskopischen Befunde unterteilt in Ergebnisse an Tieren mit hohen Progesteronwerten und Tieren mit niedrigen Progesteronwerten und gleichzeitig relativ hohen Östradiolwerten.

## I. Lichtmikroskopische Befunde

Am Querschnitt des Ovidukts kann man an allen 10 Segmenten eine Tunica serosa,- muscularis und - mucosa unterscheiden. Tunica muscularis und - mucosa zeigen abhängig vom hormonellen Status und regionaler Lokalisation charakteristische Erscheinungsbilder. Der Querschnitt des Eileiters ist am ovarseitigen Ende, dem Infundibulum (Segment 1 und 2) am größten und verjüngt sich annähernd kontinuierlich zum Uterus hin. Umgekehrt verhält es sich mit der durchgängigen Lichtung des Ovidukts. Sie ist am Infundibulum wegen der hier ausgebildeten langen Primärfalten, die sich bis über die Mitte der Lichtung erstrecken können, weniger gut durchgängig, als am uterinen Abschnitt, wo die dort vorhandenen Epithelfalten nicht bis zur Mitte reichen.

Die Schleimhaut des Eileiters ist in unregelmäßigen Falten aufgeworfen. Ungeachtet der jeweiligen Hormonsituation findet man immer am abdominalen Ende (Segment 1 bis 4) lange und kurze Primärfalten und Sekundärfalten. Als lange Primärfalten werden schlanke Falten bezeichnet, die von der Tubenwand ihren Ursprung nehmen und zur Mitte der Lichtung oder auch darüber hinweg ziehen. Kurze Primärfalten nehmen ebenfalls ihren Ursprung von der Tubenwand, erstrecken sich jedoch nur über die Täler der langen Primärfalten. Sekundärfalten findet man ausschließlich an langen Primärfalten, sie zweigen sich von ihnen ab.

Am uterinen Ende (Segment 9 und 10) kommen breite Primärfalten vor. Breite Primärfalten entspringen mit breiter Basis von der Tubenwand, erreichen jedoch nicht die Mitte der Lichtung (Abb. 1, 2, 3, 4). Allerdings ergibt sich in den dazwischen liegenden Segmenten unter hohen Progesteronwerten oder niedrigen Progesteronwerten bei gleichzeitig relativ hohen Östradiolwerten ein unterschiedliches und sehr charakteristisches Faltenbild.

Abbildungen 1,2,3,4

Abb.1: Rd.21,Ausschnitt aus Segment 1,Masson-Goldner,  
14o x

Abb.2: Rd.21,Ausschnitt aus Segment 4,Masson-Goldner,  
14o x

Abb.3: Rd.21,Ausschnitt aus Segment 8,Masson-Goldner,  
14o x

Abb.4: Rd.21,Ausschnitt aus Segment 10,Masson-Goldner,  
14o x

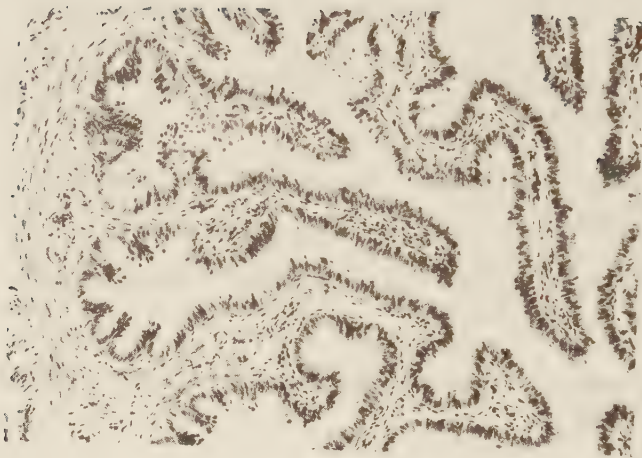


Abb. 1



Abb. 2

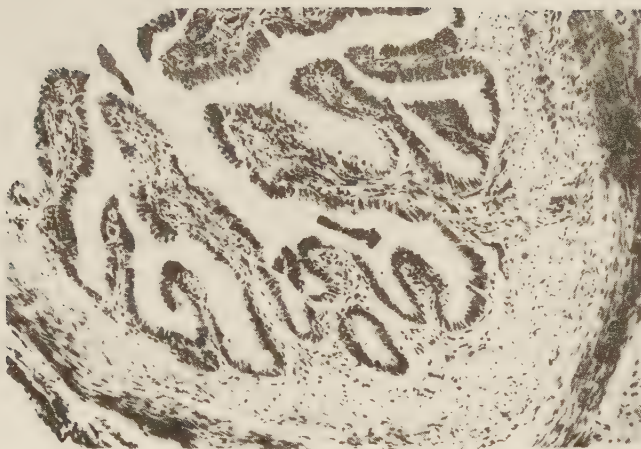


Abb. 3

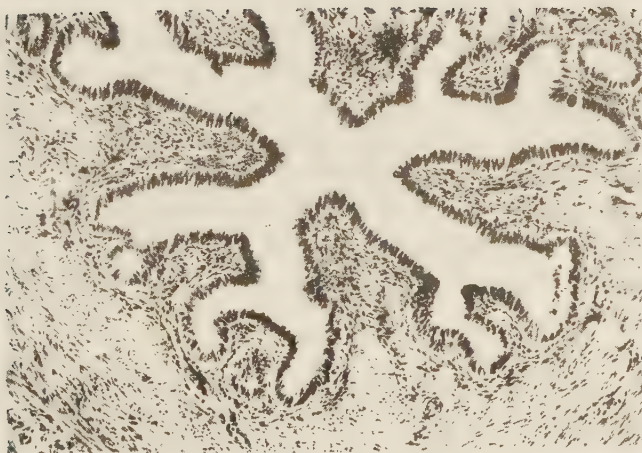


Abb. 4

Das Epithel selbst ist einschichtig, hoch= zylindrisch und enthält als autochthone Zellarten die Zilienzellen und Sekretionszellen; dazu kommen noch die sogenannten Basalzellen.

Bei Tieren mit hohen Progesteronwerten liegt der Übergang der Schleimhautfaltung von langen und kurzen Primärfalten und Sekundärfalten zu breiten Primärfalten zwischen dem 5. bis 8. Segment. Teilweise findet man also schon ab der Hälfte des Eileiters eine Reduzierung der Oberfläche.

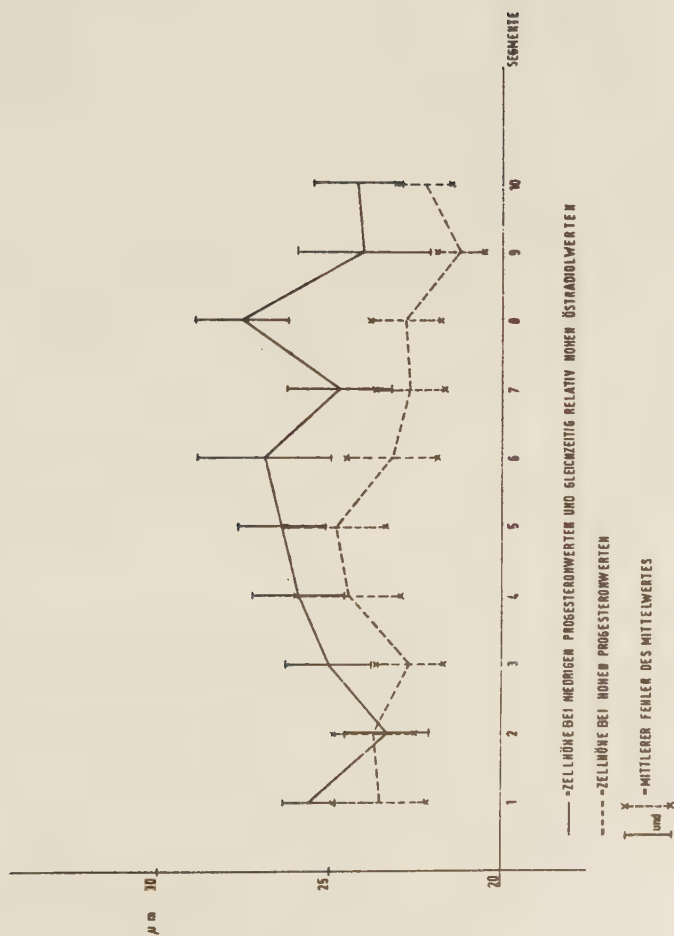
Die Epithelhöhe schwankt zwischen  $24,75\mu\text{m}$  und  $21,25\mu\text{m}$ . Das Epithel ist am abdominalen Ende um  $1,25\mu\text{m}$  höher als am uterinen Ende.

Wie Kurve A zeigt, ist aber kein regelmäßiges Absteigen festzustellen. Die Zellhöhe steigt und fällt in den ersten 4 Segmenten. Ab dem 5. Segment fällt sie dann bis zum 8. Segment gleichmäßig ab.

Bei Tieren mit niedrigen Progesteronwerten bei gleichzeitig relativ hohen Östradiolwerten liegt der Übergang von langen und kurzen Primärfalten und Sekundärfalten zu der Region mit den breiten Primärfalten immer im 8. Segment. Das heißt bei Tieren, die sich im Östrus und auch Proöstrus befinden, ist ein annähernd konstantes Faltenbild vorhanden. Nur in den Segmenten 9 und 10 trifft man eine gut durchgängige Lichtung an.

Die Epithelhöhe liegt hier zwischen  $23,5\mu\text{m}$  und  $27,5\mu\text{m}$ . Das Epithel ist jetzt deutlich höher als bei einer Progesterondominanz. Aber auch bei niedrigen Progesteronwerten bei gleichzeitig relativ hohen Östradiolwerten ist kein kontinuierliches Ansteigen oder Absteigen der Epithelhöhe im Kurvenbild festzustellen. Dagegen fällt auf, daß das Epithel im 8. Segment am höchsten ist und dann zum 9. Segment hin sprunghaft um  $3,5\mu\text{m}$  abfällt.

# KURVE A



Unabhängig von der jeweiligen Hormonsituation sieht man lichtmikroskopisch Zilienzellen, Sekretionszellen und sogenannte Stiftchenzellen. Die Zilienzellen zeichnen sich durch ein helles gleichmäßig tingiertes Zytoplasma aus und tragen an ihrer apikalen Zellgrenze einen dichten büst= artigen Zilienbesatz. Ihre relativ großen, schwach angefärbten Kerne sind rund oder oval und liegen regelmäßig in der Zellmitte. Kleine Heterochromatinfragmente lassen die Kerne grob und körnig granuliert erscheinen. Es lassen sich gut Nukleoli differenzieren. Die Sekretionszellen fallen durch längsovale, dunkel tingierte Kerne auf. Ihre Lage in den einzelnen Zellen ist nicht regelmäßig. Man trifft sie in verschiedenen Positionen von basal bis apikal der Zellen an. Der supranukleäre Teil der Zelle ist kräftiger angefärbt und läßt oftmals eine Granulierung erkennen. Die Zellspitze ist in der Regel über das Niveau der Zilienzellen hervorgewölbt. Zwischen Zilienzellen und typischen Sekretionszellen findet man ferner sogenannte Stiftchenzellen. Es sind sehr schmale stäbchenförmige Zellen, die durch ihren schmalen, kräftig dunkel gefärbten Kern fast vollständig ausgefüllt werden.

Wie vorstehend dargestellt, besitzt die Eileiterschleimhaut ein einschichtiges hochzylindrisches Epithel; wenn auch die Kernanordnung in den Sekretionszellen der Segmente 1 bis 7 so unregelmäßig ist, daß ein mehrreihiges Epithel vorgetäuscht werden kann. Erst in den Segmenten 8 bis 10 ordnen sich die Kerne der Sekretionszellen wie diejenigen der Zilienzellen annähernd in der Zellmitte an, so daß in diesen Segmenten ein regelmäßigeres supranukleäres und infranukleäres Zytoplasmaareal anzutreffen ist (Abb. 5, 6, 7, 8).

Abbildungen 5,6,7,8

Abb.5: Rd.2,Ausschnitt aus Segment 1,Masson-Goldner,  
500 x

Abb.6: Rd. 1,Ausschnitt aus Segment 3,durch unter=  
schiedliche Anordnung der Nuklei wird eine  
Mehrrichtigkeit vorgetäuscht,Masson-Goldner,  
500 x

abb.7: Rd.10,Ausschnitt aus Segment 10,Anordnung der  
Nuklei auf annähernd gleichem Niveau,keine  
Protrusionen,Masson-Goldner,700 x

Abb.8: Rd. 2,Ausschnitt aus Segment 2, ↓ Stiftchen=  
zelle,Masson-Goldner,700 x

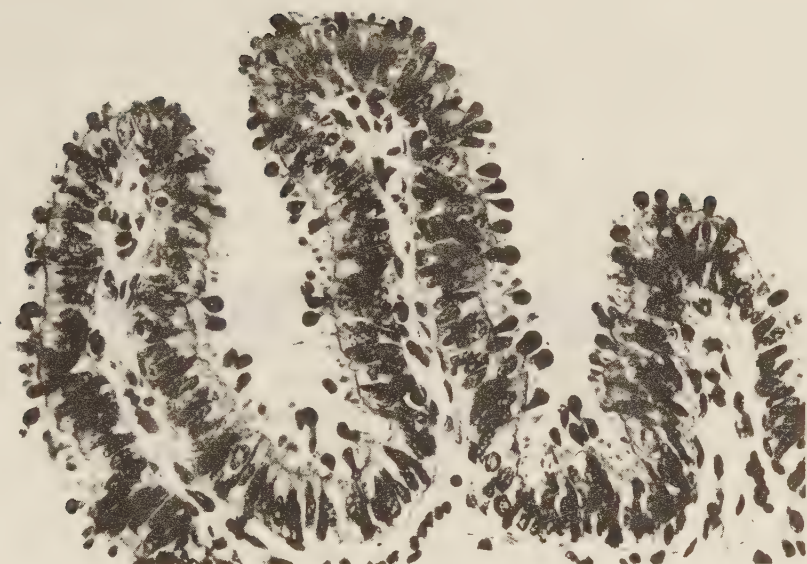


Abb. 5



Abb. 6

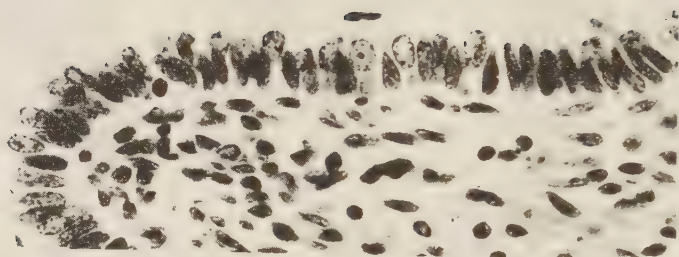


Abb.7



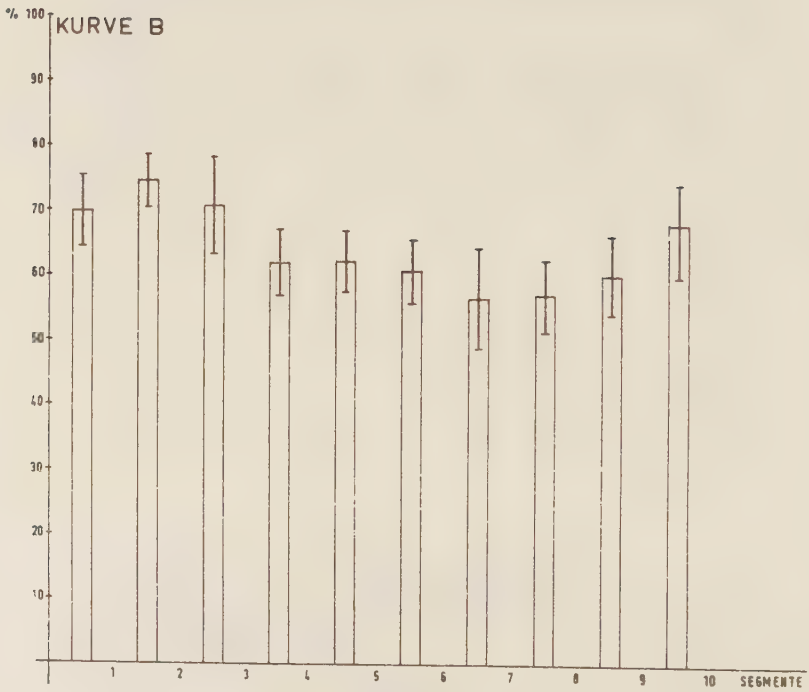
Abb.8

Das Bild von Kurve B veranschaulicht die quantitative Verteilung von Zilienzellen im Epithel ohne Berücksichtigung des Hormonstatus. In allen 10 Segmenten überwiegen die Zilienzellen gegenüber den typischen Sekretionszellen und den Stiftchenzellen, die als degenerierende Sekretionszellen aufgefaßt werden. Am abdominalen und am uterinen Ende des Eileiters findet man fast 70% Zilienzellen. Der geringste Prozentsatz von Zilienzellen findet sich zwischen dem 6. bis 8. Segment. Hier betragen sie knapp über 55%.

Auf Kurve C ist die Verteilung der Zelltypen unter Berücksichtigung der Hormonlage aufgetragen. Die Tiere mit hohem Progesteronspiegel zeigen ein Maximum des Zilienzellgehaltes in den Segmenten 1, 2, 3, 8 und 10. Im Segment 7 beträgt der Anteil der Zilienzellen nur noch knapp 45%, das heißt hier dominieren eindeutig die Sekretionszellen. Bei den Tieren mit niedrigem Progesteronwert bei gleichzeitig relativ hohem Östradiolwert überwiegen in den Segmenten 1, 2, 3, 4, 5, 6, 9 und 10 die Zilienzellen. Auffällig sind bei diesen Tieren wieder die Segmente 7 und 8, bei denen die Anzahl der Zilienzellen bis auf 55% und sogar 45% abnimmt.

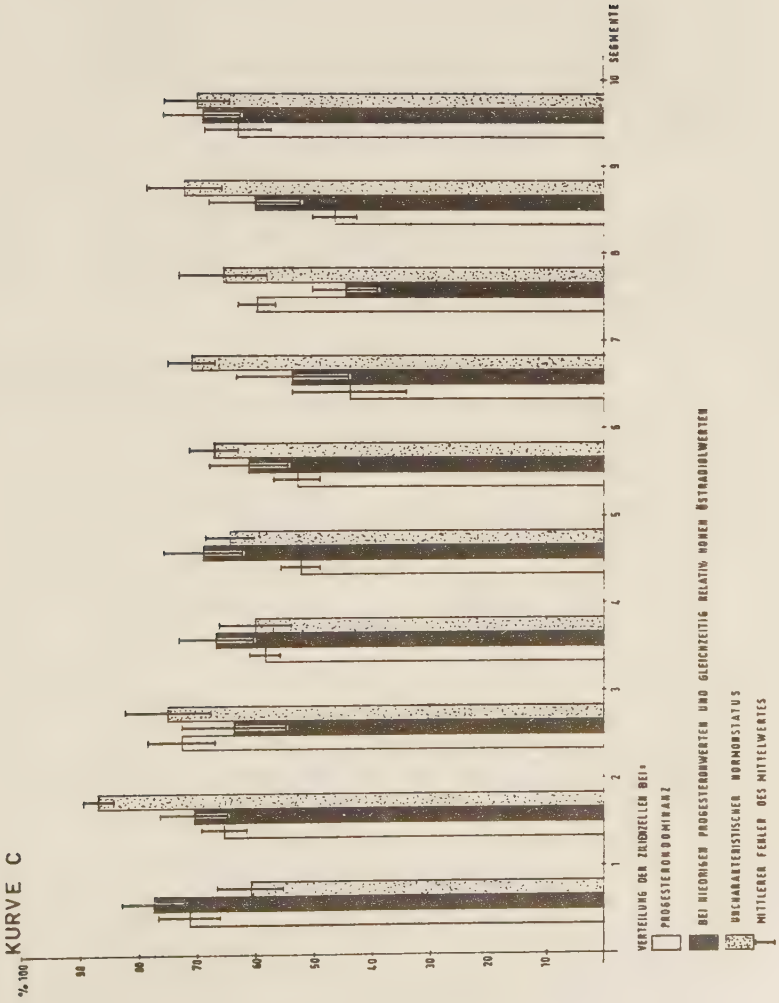
Bei Tieren mit uncharakteristischem Hormonstatus (sehr niedrige Progesteronwerte und sehr niedrige Östradiolwerte) fällt der Anteil der Zilienzellen bis niedrigstens auf 60%, das heißt hier findet man in allen Segmenten markant mehr Zilienzellen als Sekretionszellen.

Schon bei lichtmikroskopischer Betrachtung des Eileiters fallen lumenwärts gerichtete Ausbuchtungen der Zellspitzen auf. Es handelt sich um Protrusionen der typischen Sekretionszellen, die sowohl Kerne als auch Sekretgranula enthalten können (Abb. 9).



VERTEILUNG DER ZIJENZELLEN OHNE BERÜCKSICHTIGUNG DES HORMONSTATUS

I = MITTLERER FEHLER DES MITTELWERTES



Unabhängig vom Hormonstatus findet man solche Protrusionen vom abdominalen Tubenabschnitt bis Segment 7 und 8 (Abb.9), während die Segmente 9 und 10 keine Protrusionen enthalten (Abb.10).

Bei Tieren mit hohen Progesteronwerten lassen sich mehr granulierte und sekrethaltige Protrusionen finden; bei Tieren mit niedrigen Progesteronwerten bei gleichzeitig relativ hohen Östradiolwerten sind mehr kernhaltige Protrusionen vorhanden.

Die kurzen Primärfalten, die gehäuft in den Tälern der langen Primärfalten auftreten, enthalten auf ihren Spitzen auffällig viele kernhaltige Protrusionen (Abb. 11).

Ferner sieht man intraepithelial gelegentlich sogenannte Basalzellen. Da Zellen gleichen Aussehens ebenfalls subepithelial im Stroma angetroffen werden, sehen wir sie in Übereinstimmung mit anderen Autoren (Odor, 1974; van Bogaert, Maldague und Abarca, 1978; van Bogaert, Maldague und Staquet, 1978; Geppert, Geppert und Bohle, 1977; Kugler, Wrobel, Wallner und Heinzmann, 1977) als eingewanderte freie Zellen an. In den uterusnahen Abschnitten (Segment 8, 9, 10) können solche freien Zellen etwas häufiger vorkommen als in den entsprechenden abdominalen Abschnitten (Abb. 12 und 13). Eine Abhängigkeit dieser Zellen vom Hormonstatus konnte nicht beobachtet werden.

Die autochthone Tubenmuskulatur nimmt den Raum zwischen Tunica serosa und - mucosa ein. Ihr Durchmesser ist in den uterusnahen Abschnitten beträchtlich (Abb.15). Zum Ovar hin nimmt sie bis zu einer dünnen Muskelschicht von 4 bis 6 übereinanderliegenden Muskelzellagen ab (Abb.14). Sie umläuft in zwei gegensätzlichen Spiraltouren das Tubenrohr. Die epithelwärts gelegenen Fasern verlaufen längs in der Regel, die serosanahen Fasern zirkulär. Beide

Abbildungen 9, 10, 11, 12, 13, 14, 15, 16

Abb.9: Rd.15,Ausschnitt aus Segment 1, ▼ kernhaltige  
und x kernlose Protrusionen,Masson-Goldner,  
700 x

Abb.10: Rd.3,Ausschnitt aus Segment 10,Masson-Goldner,  
500 x

Abb.11: Rd.21,Ausschnitt aus Segment 1,Masson-Goldner,  
500 x

Abb.12: Rd.13,Ausschnitt aus Segment 10,Masson-Goldner,  
500 x

Abb.13: Rd.21,Ausschnitt aus Segment 1,kleine Rund=  
zellen in subepithelialer sowie in unter=  
schiedlicher Höhe innerhalb des Epithels  
(sog. Basalzellen),Masson-Goldner,500 x

Abb.14: Rd.7,Ausschnitt aus Segment 2,Masson-Goldner,  
350 x

Abb.15: Rd.2,Ausschnitt aus Segment 10,Masson-Goldner,  
280 x

Abb.16: Rd.2,Ausschnitt aus Segment 10,Masson-Goldner,  
140 x

Auf Abb. 14,15 und 16    ↑=epithelwärts

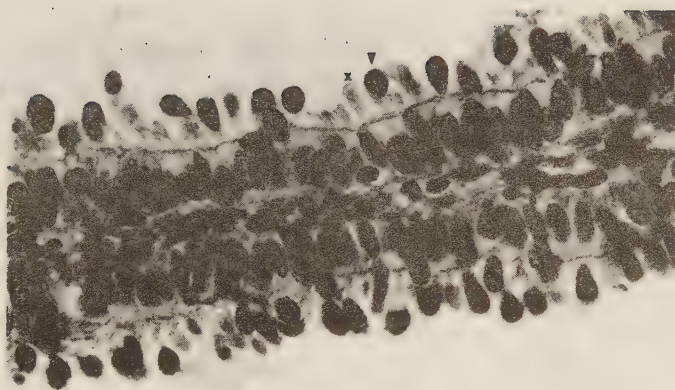


Abb. 9

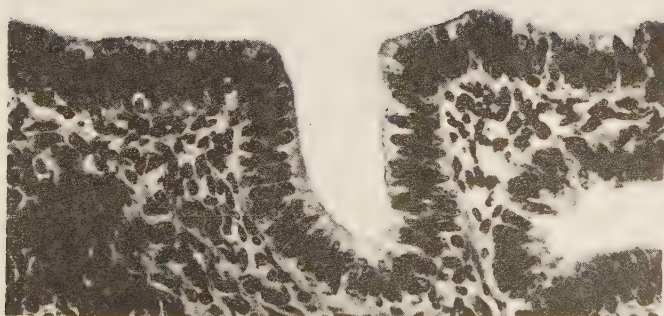


Abb. 10



Abb. 11



Abb. 12

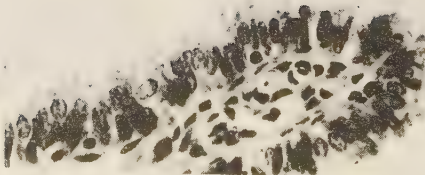


Abb. 13

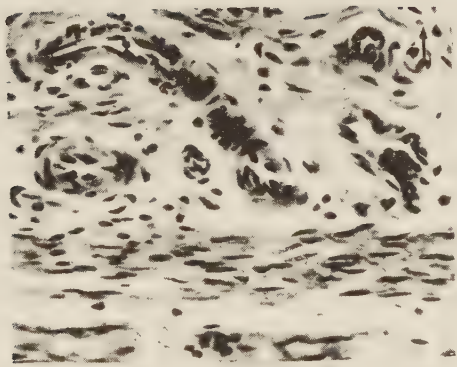


Abb. 14



Abb. 16



Abb. 15

Lagen sind jedoch von entgegengesetztem Faserverlauf durchzogen. Man findet also keine streng angeordnete längs/zirkulär verlaufende Schicht (Abb. 16). Mit größer werdender durchgängiger Lichtung wird also auch die autochthone Muskulatur stärker. Zusätzlich zur autochthonen Tubenmuskulatur haben Muskelzellen der Nachbarschaft Einfluß auf die Motilität des Eileiters. Subserös findet man durch lockeres Bindegewebe gut abgegrenzte Muskelbündel mit längs verlaufenden Fasern (Abb. 17). Auch in der Mesosalpinx liegen isolierte, zumeist in Längsrichtung der Tube verlaufende Fasern (Abb. 18). Auch zweigen sich oft perivaskuläre Muskelfasern in die Nachbarschaft ab (Abb. 14).

In den Segmenten 9 und 10 finden sich im subepithelialen Bindegewebe regelmäßig drüsenartige Krypten (Abb. 19), die auf den histologischen Schnitten teilweise mit dem Tubenlumen kommunizieren, teilweise aber auch als isolierte Querschnitte angetroffen werden, woraus auf einen geknäuelten Verlauf dieser kurzen tubulären Krypten geschlossen werden kann. Das Epithel dieser Endosalpinxkrypten besteht aus zylindrischen Zellen mit hellem Zytoplasma und zentral gelegenen locker strukturierten Kernen.

Abbildungen 17, 18, 19

Abb.17: Rd.2,Ausschnitt aus Segment 10,subseröse  
Muskulatur,Masson-Goldner,350 x

Abb.18: Rd.2,Ausschnitt aus Segment 10,mesosalpingeale  
Muskulatur,Masson-Goldner,350 x

Abb.19: Rd.21,Ausschnitt aus Segment 10,drüsenartige  
Krypten am Grund der Epithelfalten,  
Masson-Goldner,350 x

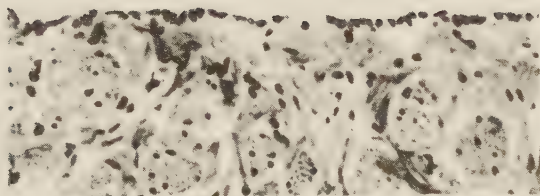


Abb. 17

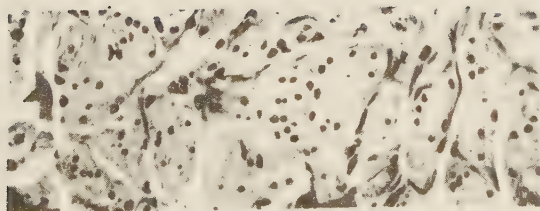


Abb. 18

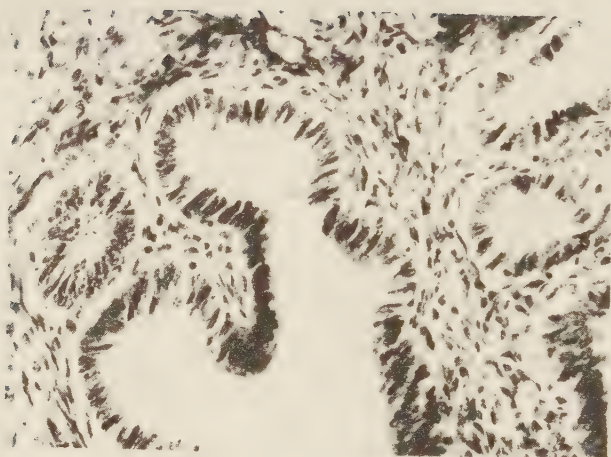


Abb. 19

## II. Elektronenmikroskopische Befunde

Auch elektronenmikroskopisch fallen die Zilienzellen durch ein helles Zytoplasma auf. Die Kerne sind rund bis oval. Heterochromatin und Euchromatin sind locker strukturiert, wobei das Heterochromatin eine randständige Lage bevorzugt. Mitochondrien vom Crista-Typ findet man vermehrt in der Region zwischen Nukleus und Zellapex konzentriert. Das granuläre endoplasmatische Retikulum ist unauffällig im gesamten Zytoplasma verteilt. Die Zellspitze trägt Zilien, mit ihrem bekannten Innenaufbau, die aus dem gut sichtbaren Basalkörperchen hervorgehen.

Die Sekretionszellen haben ein dunkleres Zytoplasma als die Zilienzellen. Ihre Zellkerne sind sehr stark gelappt, das Heterochromatin tritt verklumpt in Erscheinung. Die Mitochondrien, ebenfalls vom Crista-Typ sind über die ganze Zelle verteilt. Sie erscheinen oft kleiner und kompakter als diejenigen der Zilienzellen. Die Innenräume des granulären endoplasmatischen Retikulum sind geräumiger als bei den Zilienzellen. Auffällig ist, daß in uterushohen Abschnitten das granuläre endoplasmatische Retikulum zu Zisternen erweitert ist, bei intaktem granulärem endoplasmatischem Retikulum der Zilienzellen in der gleichen Region (Abb. 20, 21). Der Golgi-Apparat ist oft gut sichtbar oberhalb des Zellkerns. Von ihm werden helle, transparente Vesikel abgeschnürt. Von diesen Vesikeln bis zu den ausschleusungsbereiten Sekretgranula kann man 4 konsekutive morphologische Stadien unterscheiden (Abb. 22, 23).

Abbildungen 20, 21, 22, 23

Abb.20: Ovarnahes Segment, Sekretionszellen und  
Zilienzelle, etwa 5.000 x

Abb.21: Uterusnahes Segment, Zilienzellen und  
Sekretionszellen, Degenerationserscheinungen in den Sekretionszellen bei  
relativ intakten Zilienzellen, etwa 3.200 x

Abb.22: Ovarnahes Segment, Apex einer Sekretions-  
zelle mit verschiedenen Stadien der  
Sekretgranula (2,3,4), etwa 32.000 x

Abb.23: Ovarnahes Segment, Sekretionszelle von  
Basis bis Apex, man erkennt den supra-  
nukleär gelegenen Golgi-Apparat (G),  
etwa 8.000 x



Abb. 2o

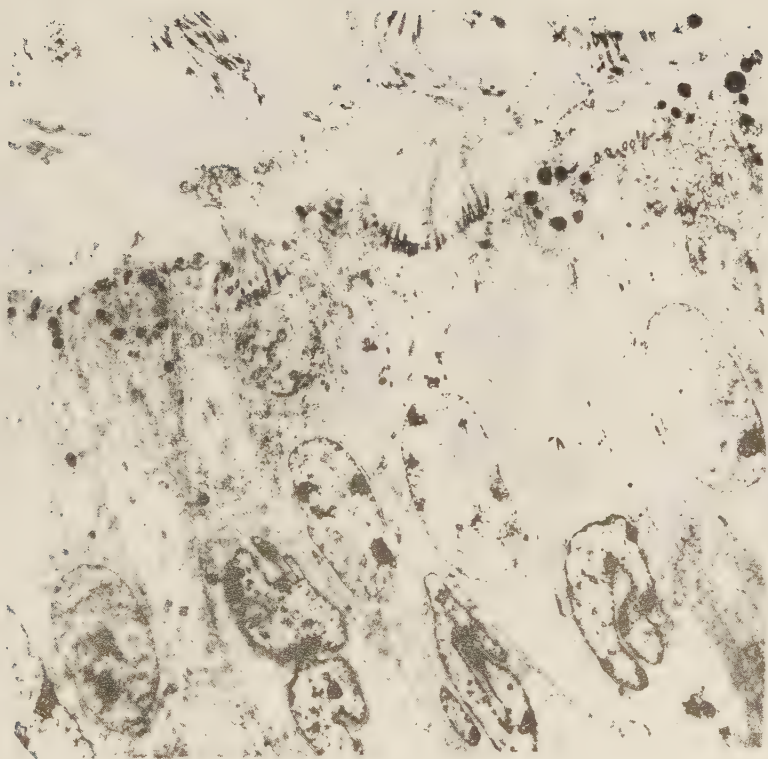


Abb.21

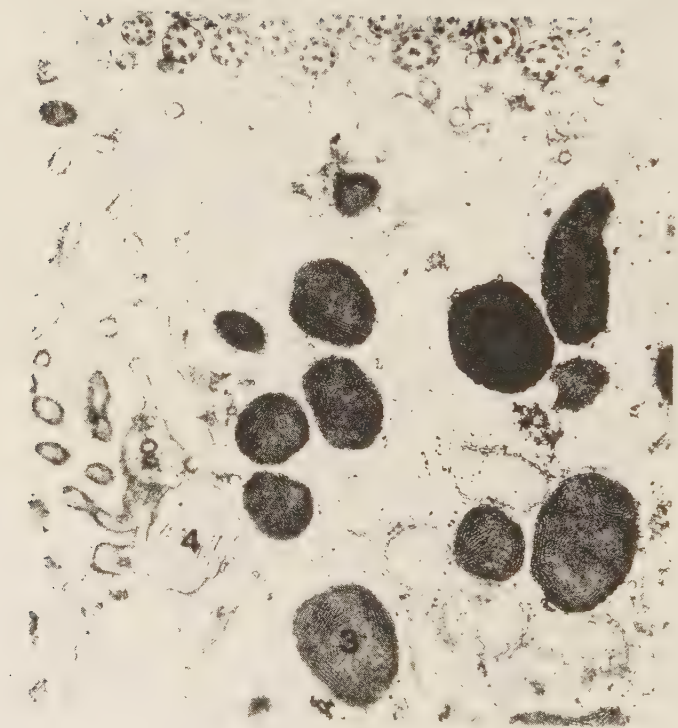


Abb. 22

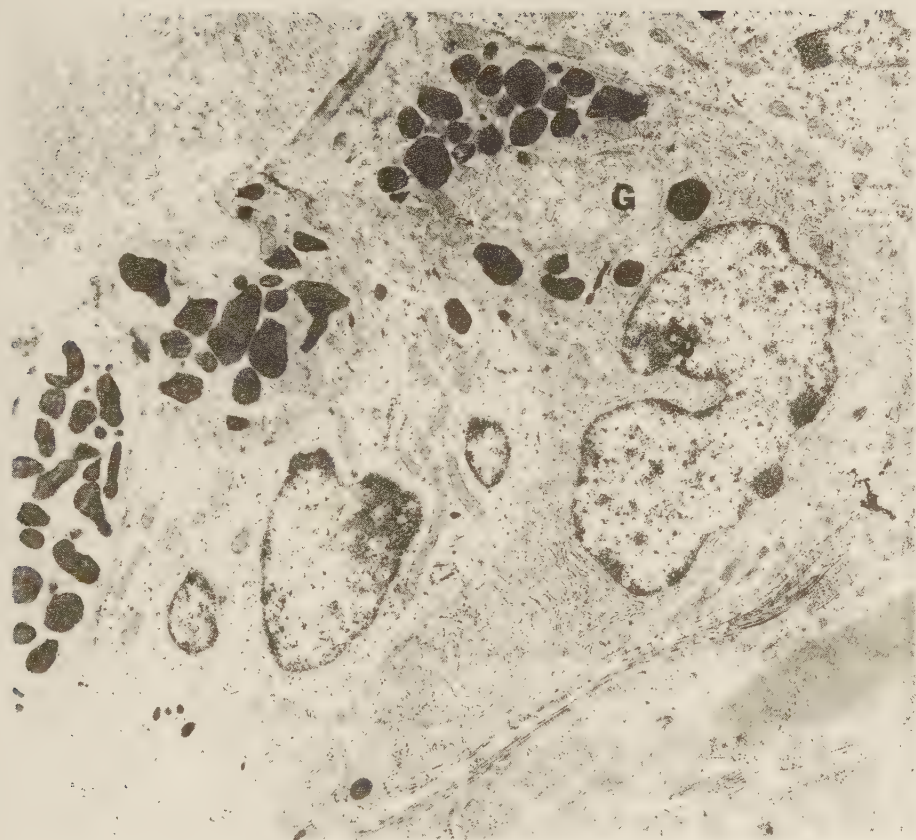


Abb. 23

Tabelle 5

|          |                                                                                         |
|----------|-----------------------------------------------------------------------------------------|
| <u>1</u> | helle, kleine Vesikel werden vom Golgi-Apparat abgeschnürt                              |
| <u>2</u> | größere, massiv dunkel angefärbte Granula                                               |
| <u>3</u> | diese lichten sich und lassen eine lamellenartige Innenstruktur erkennen                |
| <u>4</u> | helle, große Granula mit lamellenartiger Innenstruktur, die sich an der Zellapex öffnen |

In ovarnahen Segmenten wurden vereinzelt Sekretgranula in Zilienzellen beobachtet (Abb.24).

Die schon lichtmikroskopisch sichtbaren Protrusionen der Sekretionszellen, lassen sich bei elektronenmikroskopischer Betrachtung in 3 Arten, dem Inhalt nach, unterteilen:

- Vorwölbung der gesamten Zellspitze mit intakten Organellen (Abb.26)
- die Vorwölbung enthält den Zellkern (Abb.25)
- die Vorwölbung enthält dünnwandige Sekretgranula, diese können mit dem Plasmalemm verschmelzen und ihren Inhalt ins Tubenlumen abgeben (Abb.23)

An der Zellspitze tragen beide Zellarten Mikrovilli. Die seitlichen Plasmalemmata sind apikal durch einen junctional complex (Zonula occludens, Zonula adhaerens) verbunden. Basal sind sie miteinander sowohl durch Verzahnungen als auch durch Desmosomen verankert (Abb.27,29).

In ovarnahen Segmenten ist der Erhaltungszustand der Zellen immer gut; hingegen findet man uterushnäh in vielen Zellen, und zwar hauptsächlich in den Sekretionszellen, Degenerationserscheinungen (Abb.28,29).

Abbildungen 24,25,26,27,28,29

Abb.24: Ovarnahes Segment, Zilienzelle mit Sekret=  
granula von zwei typischen Sekretionszellen  
flankiert, etwa 6.500 x

Abb.25: Ovarnahes Segment, apikaler Abschnitt einer  
Sekretionszelle, kernhaltige Protrusion,  
etwa 8.000 x

Abb.26: Ovarnahes Segment, apikaler Abschnitt einer  
Zilienzelle und einer Sekretionszelle,  
granulohaltige Protrusion, etwa 8.000 x

Abb.27: Uterusnahes Segment, apikaler Abschnitt einer  
Zilienzelle und Sekretionszelle, Zilienzelle (Z)  
und Sekretionszelle (S) sind durch einen  
junctional complex und 3 Desmosomen ver=  
bunden, etwa 16.000 x

Abb.28: Ovarnahes Segment, Zilienzellen und Sekretions=  
zellen, gehäuft infranukleär, vereinzelt supra=  
nukleär gelegene Lipidtröpfchen (L), etwa 3.200 x

Abb.29: Uterusnahes Segment, Zilienzelle mit Sekretions=  
zellen, linke Sekretionszelle zeigt Degenerations=  
erscheinungen, etwa 8.000 x

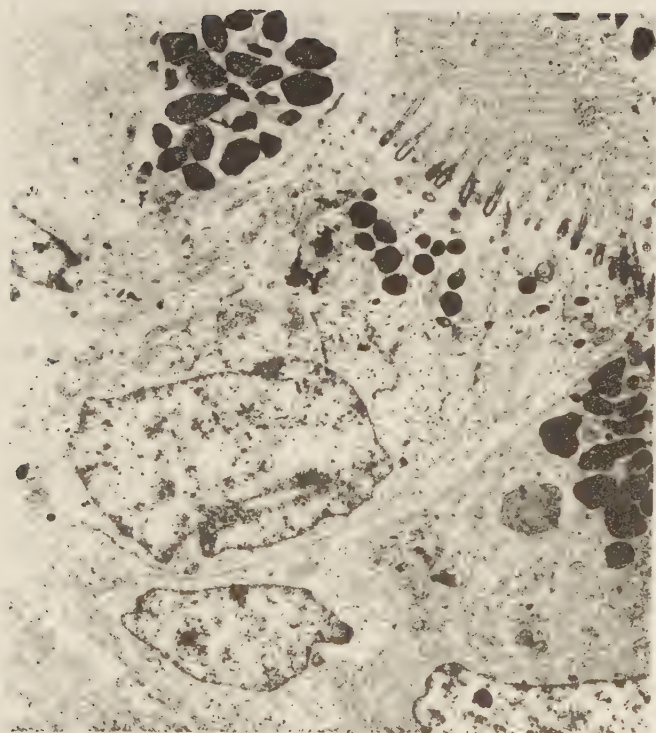


Abb. 24

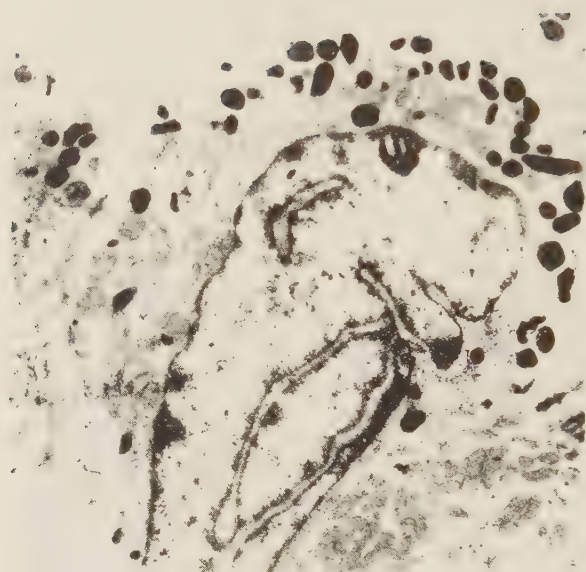


Abb. 25

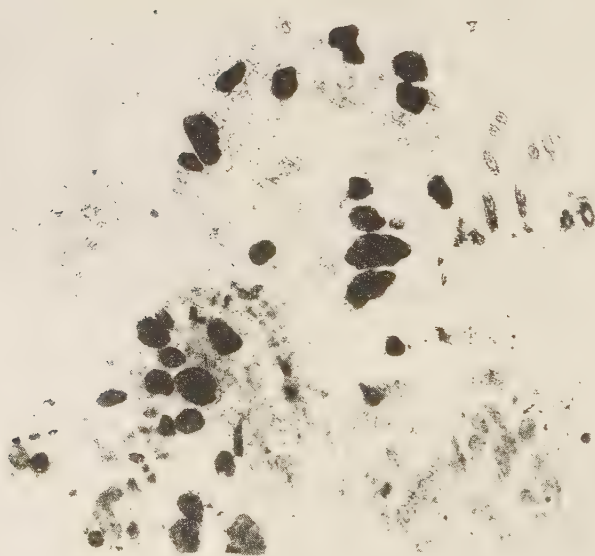


Abb. 26

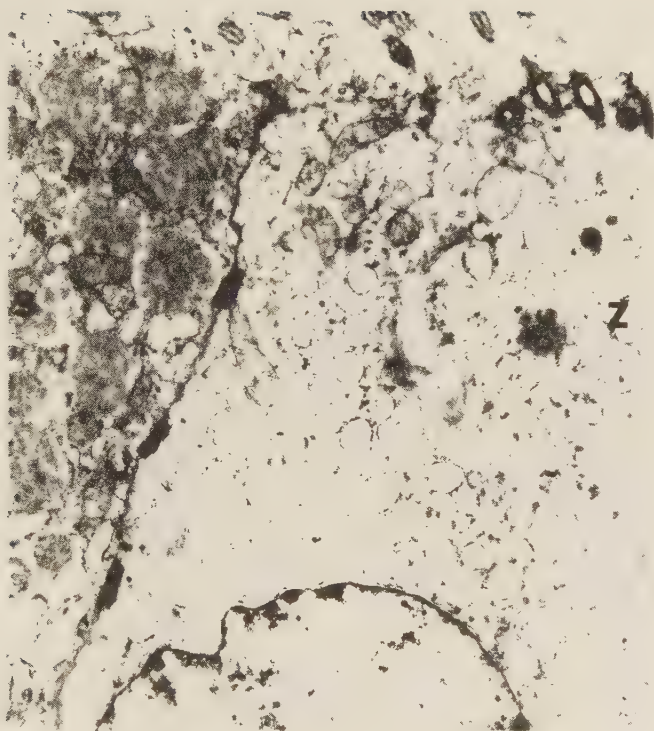


Abb. 27

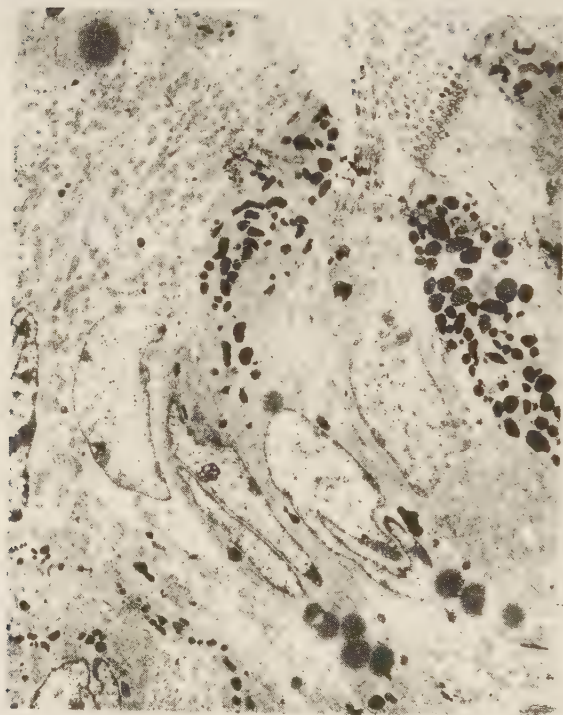


Abb. 28

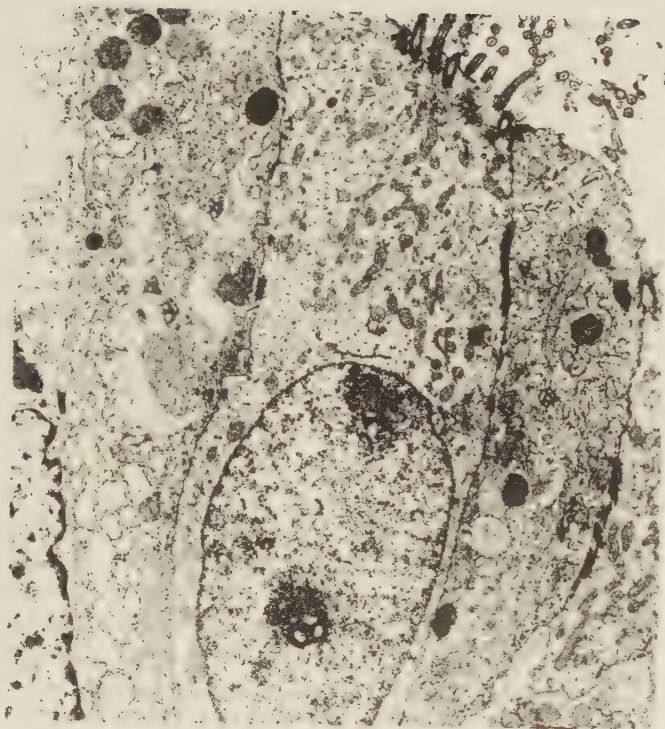


Abb. 29

Betrachtet man sich die Ultrastruktur der uterusnah gelegenen Zellen, so findet man besonders die Sekretionszellen in Veränderung. Die Kerne sind sehr stark gelappt, die Innenräume des granulären endoplasmatischen Retikulum sind von der Zellbasis beginnend zisternenähnlich erweitert (Abb. 32).

Die sowohl subepithelial als auch intraepithelial gelegenen kleinen Rundzellen der Lichtmikroskopie stellen sich elektronenmikroskopisch als freie Zellen dar, beziehungsweise als Lymphozyten und Makrophagen. Sie wandern offensichtlich vom unter dem Epithel gelegenen Bindegewebsstroma durch das Epithel. In uterusnahen Abschnitten findet man sie intraepithelial häufiger als in ovariseits gelegenen Segmenten (Abb. 30, 31, 32).

Abschließend sei auf das Auftreten von Lipidtröpfchen in den Zellen verwiesen. Man findet sie hauptsächlich in den ovariseitigen Abschnitten. Sie treten gehäuft in den Sekretionszellen auf. Dort liegen sie zumeist infranukleär. Allerdings werden sie auch supranukleär beobachtet (Abb. 28).

Abbildungen 30,31,32

Abb.30: Ovarnahes Segment, Basalabschnitt, unter der Basalmembran (B) liegt eine Kapillare (K) und ein Lymphozyt (Ly), etwa 8.000 x

Abb.31: Ovarnahes Segment, Basalabschnitt, intraepithelial gelegener Makrophag (M), etwa 8.000 x

Abb.32: Uterusnahes Segment, Zilienzellen und Sekretionszellen, intraepithelial, apikal gelegener Lymphozyt (Ly), etwa 3.200 x

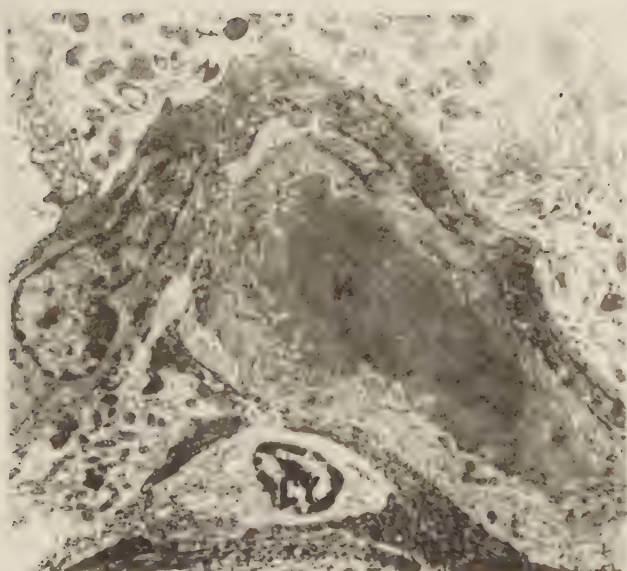


Abb. 30

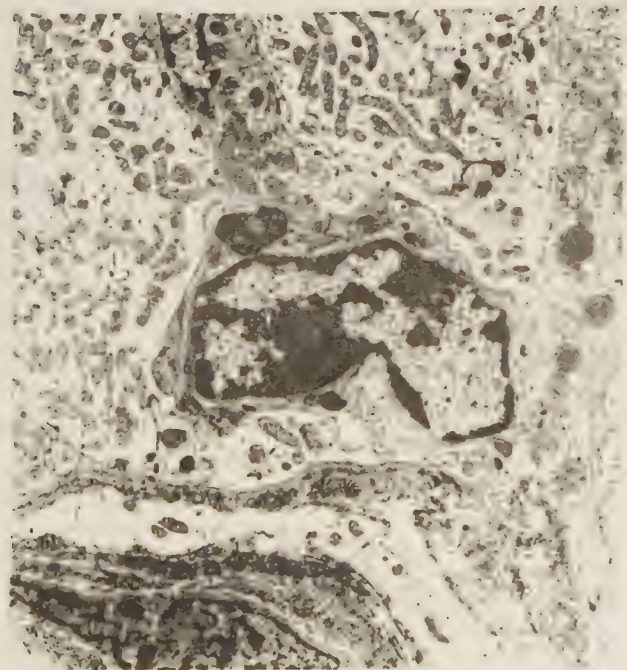


Abb. 31

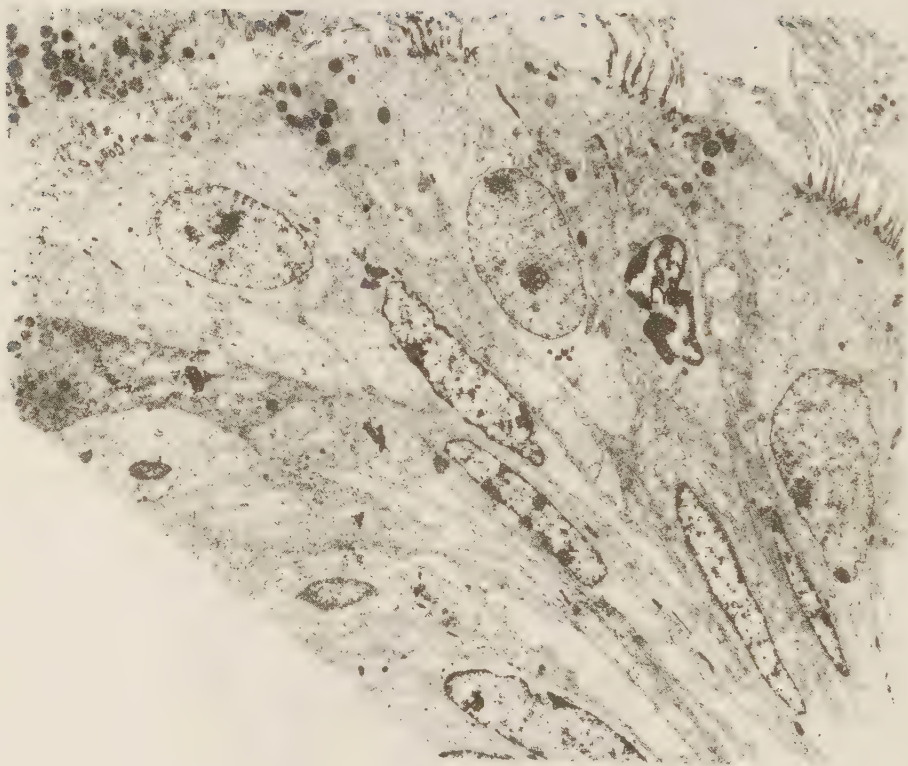


Abb. 32

## Diskussion

Bei histologischen Untersuchungen am Eileiter des Rindes übernehmen Autoren entweder die Einteilung des menschlichen Eileiters in Infundibulum, Ampulle, Isthmus und Pars uterina (Lombard, Morgan und Mc.Nutt, 1950), ohne daß diese Abschnitte aber äußerlich gut abgrenzbar sind, oder sie beschränken sich sogar nur auf einen einzigen Abschnitt der Tube (Hunter, 1977; Nayak und Ellington, 1977). Lediglich Schilling (1916) definiert genauer, was er unter den Abschnitten Infundibulum, Ampulle, Isthmus und Pars uterina versteht. Er nimmt eine Einteilung nach dem Faltenstatus vor. Bei unserer Arbeit zeigte sich jedoch, daß das Faltenbild keine konstante Größe ist, sondern hormonabhängigen Veränderungen unterworfen ist.

Unter Östradioleinfluß beobachteten wir einen Übergang von langen und kurzen Primärfalten zu breiten Primärfalten im 8. Segment. Bei einer Progesterondominanz beginnt der Übergang teilweise schon im 5. Segment und erstreckt sich bis zum 8. Segment.

Durch Lupenbetrachtung an aufgeschnittenen und ausgebreiteten Rindereileitern konnte Schilling (1961) zeigen, daß die Schleimhaut nicht nur in Längsfalten aufgeworfen ist, sondern auch diagonal gestellte Zwischenfalten enthält. Daraus folgt, daß das mikroskopische Querschnittsbild zum Studium der Faltenarchitektur nicht ausreicht.

Da in der vorliegenden Arbeit jedoch nicht die spezielle Faltenarchitektur, sondern die Veränderung des Faltenbildes über die Länge des Ovidukts im Vordergrund stand, läßt sich die

hormonabhängige Veränderung über die einzelnen Segmente, ungeachtet ob echte Längsfalten oder diagonal dazu gestellte Faltung vorliegt, klar herausheben. Wie Schilling in seiner Arbeit beschreibt, muß auch eine alleinige makroskopische Betrachtung der Faltenarchitektur kritisch gesehen werden, da die unterschiedlichen Längsfalten oft auch ineinander übergehen können. Außerdem muß berücksichtigt werden, daß sich durch eine wechselnde Blutfülle in den Falten das Faltenbild in vivo wieder anders darstellen kann.

All dies unterstreicht die Skepsis, eine Einteilung des Rindereileiters in Infundibulum, Ampulle, Isthmus und Pars uterina nach dem Faltenbild vorzunehmen.

Während allerdings Infundibulum und Pars uterina durch Morphologie und Topografie auch beim Rind klar definiert werden können, ist es unmöglich den restlichen Eileiter (von Segment 3 bis 8 einschließlich) nach makroskopisch erkennbaren Merkmalen weiter zu untergliedern. Wegen dieses Mangels sind die bisherigen histologischen Befunde über den Rindereileiter schwer miteinander vergleichbar. Es läßt sich nicht sagen, ob beschriebene Unterschiede hormonell oder topografisch bedingt sind.

Wir machten es uns daher zur Aufgabe, ein exakteres Bezugssystem zu etablieren und teilten deswegen den gesamten Eileiter in 10 gleichlange Segmente ein, wobei Segment 1 und 2 mit dem Infundibulum, und Segment 9 und 10 mit der Pars uterina zusammenfällt. Nach unseren Erfahrungen erweist sich eine Einteilung in 10 Segmente als ausreichend, um kontinuierliche

Veränderungen entlang der Länge des Organes zu erfassen. Wegen der relativ geringen intersegmentalen Unterschiede können in weiteren Untersuchungen bei einem größeren Tierkollektiv sogar die Segmente 1,2,3,4 und 9,10 zusammengefaßt werden. Die Segmente 5 bis 8 verdienen jedes für sich bei zukünftigen Untersuchungen die größte Aufmerksamkeit, weil hier bei jedem Hormonstatus die auffälligsten Veränderungen gegenüber der Umgebung festzustellen sind.

Hieraus ist zu schließen, daß diese Abschnitte auch für die Funktion des Eileiters von besonders wichtiger Bedeutung sind.

Die Epithelhöhe liegt bei Progesterondominanz zwischen  $21,25\mu\text{m}$  im Segment 9 und  $24,75\mu\text{m}$  im Segment 5. Zwischen diesen Segmenten ist ein gleichmäßiges Absinken der Epithelhöhe von ovarwärts nach uteruswärts zu notieren. Überwiegt der Östradioleinfluß, so mißt man Werte zwischen  $23,5\mu\text{m}$  im Segment 2 und  $27,5\mu\text{m}$  im Segment 8. Grundsätzlich ist das Eileiterepithel unter Östradioleinfluß zwischen 2 bis  $3\mu\text{m}$  höher als unter Progesterondominanz.

Von Mc. Daniel, Scalzi und Black (1968) wird der Eileiter in 3 gleichlange Abschnitte unterteilt. Unter Östradioleinfluß nennen diese Autoren in der oberen Ampulle, das entspricht in etwa unserem Segment 3, Werte von  $28,5\mu\text{m}$  (gegenüber  $25\mu\text{m}$  bei unseren Tieren). Im unteren Isthmus, das entspricht in etwa dem Segment 8, eine Zellhöhe von  $26,2\mu\text{m}$  (gegenüber  $27,5\mu\text{m}$  bei unseren Tieren). Unter Progesterondominanz werden von Mc. Daniel, Scalzi und Black (1968) in der oberen Ampulle Werte von  $23,5\mu\text{m}$  und im unteren Isthmus Werte von  $22,8\mu\text{m}$  angegeben. Hiermit stimmen unsere Messungen mit  $22,8\mu\text{m}$  im 3. Segment und  $22,8\mu\text{m}$  im 8. Segment gut überein. Die Werte unter

Östradioleinfluß divergieren insofern, indem die Zellhöhe in den eigenen Untersuchungen im 8. Segment am höchsten ist, bei Mc. Daniel, Scalzi und Black für die obere Ampulle höhere Werte ermittelt werden. Ebenfalls findet man bei Lombard, Morgan und Mc. Nutt (1950) eine Zellhöhenangabe unter verschiedener hormoneller Situation. Allerdings wird nur eine Durchschnittszellhöhe des gesamten Ovidukts ermittelt. Unter Östradioleinfluß liegt sie bei  $45,3\mu\text{m}$ , unter Progesterondominanz liegt sie zwischen  $43,8\mu\text{m}$  und  $26,6\mu\text{m}$ . Diese Resultate weichen beträchtlich von den eigenen ab.

Aus allen Messungen geht jedoch übereinstimmend hervor, daß die Zellhöhe unter Östradioleinfluß am größten ist.

Im Eileiterepithel des Rindes gibt es Zilienzellen, Sekretionszellen, Stiftchenzellen und sogenannte Basalzellen.

Die Zilienzellen lassen sich histologisch gut durch ihren runden bis ovalen, schwach gefärbten, zentral gelegenen Zellkern von den kräftiger gefärbten, in verschiedener Zellhöhe anzutreffenden, mehr länglichen Zellkernen der Sekretionszellen abgrenzen. Die apikalen Anteile der Sekretionszellen erheben sich meist über das Niveau der Zilienzellen, die apikal durch den namensgebenden büstenartigen Zilienbesatz gekennzeichnet sind. Die vor allem in den Segmenten 1 bis 8 einschließlich auftretenden Protrusionen der Sekretionszellen sind sowohl kernhaltig als auch sekretartig.

Die Stiftchenzellen treten lichtmikroskopisch durch ihre schmale Gestalt, die fast vollständig von dem schlanken, kräftig

gefärbten Kern ausgefüllt ist, in Erscheinung. Beier und Kühnel (1976) konnten sie elektronenmikroskopisch nicht nachweisen und vermuteten, daß es sich um Fixationsartefakte handelt, während Wrobel (1971) an der Cervix uteri des Rindes die Beobachtung machte, daß mit Schleimkomplexen gefüllte Zellen rupturieren können, ihr Inhalt sich ins Lumen ergießen kann und diese erschöpften Zellen sich dann lichtmikroskopisch als fuchsinophile Stäbchen darstellen. Das bedeutet, daß zumindest ein Teil der Sekretionszellen nach Abgabe des Sekretes zu Stiftchenzellen kollabiert.

Elektronenmikroskopisch imponieren die Zilienzellen durch runde, locker strukturierte Kerne, während die Zellkerne der Sekretionszellen sehr stark gelappt sind und ihr Heterochromatin und Euchromatin zusammengeballt in Erscheinung tritt. Uterusnah sind die Innenräume des granulären endoplasmatischen Retikulum der Sekretionszellen oft maximal erweitert. Hierbei dürfte es sich nicht um ein Fixationsartefakt handeln, da das granuläre endoplasmatische Retikulum in benachbarten Zilienzellen ein normales Bild bietet.

Schon 1961 beschreibt Björkman, daß die Innenstruktur der Zilienzellen im Rindereileiter während des Zyklus annähernd konstant bleibt und die augenscheinlichen Veränderungen während des salpingealen Zyklus an den Sekretionszellen ablaufen. Durch Untersuchungen von Rumery und Odor (1978) an *Macaca nemestrina* wurde allerdings ermittelt, daß die Zilienzellen ihre Zilien zyklusabhängig verlieren können. Ähnliche Befunde erhebt Wrobel (1971) an der Cervix uteri des Rindes. Dort wandeln sich am Übergang Metöstrus

zu Diöstrus die Zilienzellen unter Verlust ihres Wimpernapparates in granulahaltige Schleimzellen um. Auch Stegner (1961) beschreibt beim Menschen einen Übergang der Zilienzellen unter Zilienverlust in Sekretionszellen. Durch die eigenen Untersuchungen wird die Existenz von Übergangsformen bestätigt. Elektronenmikroskopisch konnten wir Sekretgranula in Zilienzellen nachweisen.

Der Anteil der Zilienzellen verringert sich zwischen dem 5. bis 8. Segment. Unter Progesterondominanz findet man in den Abschnitten 5 bis 8 mehr Sekretionszellen, bei Östradioldominanz nur im 8. Segment eindeutig mehr Sekretionszellen. Dies stimmt mit der Tatsache überein, daß Progesteron die Sekretionstätigkeit fördert.

Die Motilität der Zilienzellen ist ein wichtiger Faktor für den Transport von Eizelle und frühem Embryo. Man kann sich deshalb auch das zahlenmäßig hohe Auftreten dieser Zellkategorie am abdominalen Ende des Ovidukts erklären. Sicherlich ist die Beweglichkeit der Zilien nicht die einzige Transportmöglichkeit, da es beim Menschen trotz angeborener Zilienimmotilität zu einer erfolgreichen Schwangerschaft kommen kann (Afzelius und Mossberg, 1978).

Die Funktion der Sekretionszellen liegt in der Herstellung und Ausschleusung von Sekretgranula, die saure Mukopolysaccharide und Mukoproteine enthalten (McDaniel und Black, 1968; Nayak und Ellington, 1977; Hunter, 1977).

Wir sind der Ansicht, daß sich die Sekretgranula aus Vesikeln des Golgi-Apparates in 4 voneinander abgrenzbaren Stadien entwickeln. Die lamelläre Innenstruktur der Stadien 3 und 4 konnte bei Hunden nicht festgestellt werden (Verhage, Abel,

Tietz und Barrau,1973).Allerdings sahen Rüsse und Liebich (1979) bei ihren Untersuchungen am Eileiter des Schafes einen sehr ähnlich strukturierten Innenaufbau der Sekretgranula und schließen aus vergleichend morphologischen Befunden,daß diese lamelläre Struktur unter den Säugetieren offensichtlich nur bei Wiederkäuern anzutreffen ist.Die Sekretgranula öffnen sich an der Zellspitze und ergießen ihren Inhalt nach merokrinem Extrusionsmechanismus ins Lumen.Dem Sekretmaterial kommt sicherlich nicht nur eine Transportfunktion zu,denn auffällig ist das hormonabhängige Ansteigen der Sekretionszellen in den Segmenten 5 bis 8. Ferner dürfte dem Sekret auch eine Rolle bei der Kapazitation der Spermien zukommen,wie Hunter (1977) bereits gezeigt hat.

Bei den sogenannten Basalzellen des Eileiterepithels handelt es sich um freie Zellen, wie es durch andere Untersucher bei Mensch und Kaninchen festgestellt wurde (van Bogaert,Maldague und Abarca,1978; Odor,1974; Kugler,Wrobel,Wallner und Heinzmann,1977; Geppert,Geppert und Bohle,1977). Unterstützt wird diese Aussage dadurch,daß diese Zellen gehäuft bei Salpingitis auftreten (van Bogaert, Maldague und Staquet,1978).Unter physiologischen Bedingungen sollen sie ebenfalls Abwehrfunktion sowohl intraepithelial als auch gegenüber Keimen im Lumen übernehmen.

Lipide wurden gehäuft ovarseits in den Sekretionszellen angetroffen.Sie liegen infra-nukleär und supranukleär,was auch Wordinger,Dickey und Ellicot (1977) feststellten.

Mitosen wurden von uns in dem vorliegenden Material nicht beobachtet.Kugler,Wrobel,Wallner und Heinzmann (1977) und Dedes und Krauer (1974) fanden durch ihre Untersuchungen am menschlichen Eileiterepithel,daß die Zellteilungsrate ihren größten Wert zur Zeit der maximalen Einwirkung

der Östrogene im Laufe des normalen Zyklus erreicht und daß Mitosen dann nur sehr kurzfristig zu beobachten sind. Die Regeneration des Epithels erfolgt durch Teilung der Zilienzellen und Sekretionszellen. Ein östrogen Stimulus führt besonders im Isthmus zu einer raschen Proliferationstätigkeit.

Die drüsenähnlichen Krypten am uteruswärtigen Ende (Segment 9 und 10) des Eileiters sind unseres Wissens bisher in der Literatur nicht beschrieben worden; obwohl sie bei anderen Autoren auf Abbildungen zu sehen sind (Schilling, 1962). Die Zellen der Krypten sind gleichartig und relativ undifferenziert. Sie könnten also bei der Regeneration des Epithels eine Rolle spielen. Möglicherweise handelt es sich aber um in den Eileiter verlagerte Uterindrüsen.

Die autochthone (tubeneigene) Muskulatur nimmt an Stärke vom abdominalen Abschnitt des Eileiters zum Uterus hin kontinuierlich und beträchtlich zu. Auf Querschnitten erkennt man im Prinzip eine äußere zirkuläre und eine innere längsverlaufende Anordnung der Fasern. Jedoch sind die beiden Verlaufsrichtungen nicht scharf getrennt, sondern teilweise miteinander verflochten. Schilling (1961) gibt eine schematische Darstellung der autochthonen Muskulatur, indem er sie in spiraligen Touren verlaufend darstellt, die durch längs verlaufende Muskelbündel verbunden sind. Dieses Schema gibt eine Erklärung für den nicht streng angeordneten Verlauf der Fasern.

Die auxillare Muskulatur (subseröse, mesosalpingeale und Fasern der perivaskulären Muskulatur) wird in verschieden starker Anordnung angetroffen und soll wichtige Funktionen bei der Eiüberleitung vom Ovar zur Tube und zur uteruswärts erfolgenden Eiwanderung übernehmen.

Durch die vorliegende Arbeit konnte deutlich gemacht werden, daß eine Einteilung des Rindereileiters in Infundibulum, Ampulle, Isthmus und Pars uterina einerseits nicht möglich ist, andererseits auch für funktionelle Betrachtungen nicht ausreichend und der segmentalen Einteilung unterlegen ist. Es wurde gezeigt, daß in den Segmenten 5 bis 8 einschließlich die markantesten Veränderungen in Abhängigkeit von der hormonellen Situation ablaufen. Es erscheint deshalb sinnvoll, in nachfolgenden Arbeiten speziell diesen Segmenten vermehrt Beachtung zu schenken.

## Zusammenfassung

42 Eileiter von Rindern mit bekanntem Hormonstatus wurden mit histologischen und elektronenmikroskopischen Methoden untersucht. Die konventionelle Einteilung des Eileiters in Infundibulum, Ampulle, Isthmus und Pars uterina erweist sich für das Rind im Hinblick auf weiterführende Untersuchungen als unzweckmäßig. Deswegen wurde der Eileiter in 10 Segmente gleicher Länge unterteilt, wobei Segment 1 am ovariellen und Segment 10 am uterinen Ende liegen. Die auffälligsten Unterschiede hinsichtlich Faltenbild, Epithelhöhe und Verteilung der verschiedenen Zelltypen wurden im Bereich der Segmente 5 bis 8 festgestellt. Diese Unterschiede lassen sich zu wechselnden Östrogen- und Progesteronblutwerten in Beziehung setzen. Im Epithel des Rindereileiters sind Zilienzellen, Sekretionszellen und Stiftchenzellen die markantesten Zelltypen. Ihre Anzahl wechselt abhängig von Hormonstatus und regionaler Lage. Übergangsformen zwischen Zilienzellen und Sekretionszellen wurden beobachtet. Mitosen wurden im Epithel der Endosalpinx nicht festgestellt. Die sogenannten Basalzellen sind aus dem Stroma eingewanderte mononucleare Zellen (zumeist Lymphozyten und Makrophagen). Ihr Vorkommen scheint unabhängig von hormonellen Veränderungen zu sein.

## Summary

Histology and electron microscopy of 42 oviducts of cows with known hormonal state were investigated. The conventional division of the oviduct in infundibulum, ampulla, isthmus and pars uterina turned out to be inappropriate for detailed anatomical as well as histological studies. For this investigation the bovine oviduct was divided into 10 segments of equal length following from the ovarian (segment 1) to the uterine end (segment 10). The most conspicuous changes regarding folding, epithelial height and distribution of different cell types were recorded for the segment 5 to 8. These changes are correlated with varying estrogen and progesterone blood levels. In the bovine oviduct ciliary, secretory and peg cells form the prominent cell types; their quantities, however, vary in different segments and according to hormonal status. Transitions between ciliary and secretory cells were noticed. No mitoses were detected in endosalpingeal epithelium. So called epithelial basal cells proved to be immigrated mononuclear free cells (mostly lymphocytes and macrophages). Appearance and quantity of these migratory cells are independent from cyclical or hormonal changes.

Literaturverzeichnis

Anand,S. and Guha,S.K.: Mechanics of transport of the ovum in the oviduct, Med.biol.Eng.Comput. 16, 256-261 (1978).

Afzelius,B.A.,Camner,P. and Mossberg,B.: On the function of cilia in the female reproductive tract, Fertility Sterility 29, 71-74 (1978).

Beier,H.M. und Kühnel,W.: Untersuchungen zur funktionellen Morphologie des Epithels der Endosalpinx und des Endometriums, Verh.Anat.Ges. 70, 831-838 (1976).

Björkman,N. and Fredricsson,B.: The bovine oviduct epithelium and its secretory process as studied with electron microscope and histochemical tests, Zschr.Zellforsch. 55, 500-513 (1961).

Bodemer,C.W.: History of the mammalian oviduct, In: The mammalian oviduct. Hafez,E.S.E. and Blandau,R.J., eds., The University of Chicago Press, Chicago and London: 1969

van Bogaert,L.-J.,Maldague,P. and Abarca,J.: Granulocytic-like cells in the human fallopian tube, J.reprod.Med. 20, 297-300 (1978).

van Bogaert,L.-J.,Maldague,P. and Staquet,J.P.: The percentage of granulocyte-like cells in human oviduct epithelium, Brit.J.Obst.Gynecol. 85, 373-375 (1978).

Croxatto,H.B.,Ortiz,M.E.,Diaz,S.,Hess,R.,Balmaceda,J. and Croxatto,H.-D.: Studies on the duration of egg transport by the human oviduct, Amer.J.Obst.Gynecol. 132, 629-634 (1978).

Mc.Daniel, J.W., Scalzi, H. and Black, D.L.: Influence of ovarian hormones on histology and histochemistry of the bovine oviduct, J.Dairy Scie. 51, 754-761 (1968)

Dedes, M. und Krauer, F.: Cyclusabhängige Veränderungen in der Zellteilungshäufigkeit im menschlichen Eileiters-epithel, Arch.Gynäk. 216, 133-144 (1974).

Ellenberger, W. und Baum, H.: Handbuch der vergleichenden Anatomie der Haustiere, bearbeitet von Zietschmann, O., Ackerknecht, E. und Grau, H., Springer Verlag, Berlin: 1977

Geppert, M., Geppert, J. and Bohle, A.: On the lympho-epithelial relationships in the human oviduct, Virchows Arch. A, Path. Anat. Histol. 373, 133-142 (1977).

Grau, H. und Walter, P.: Grundriß der Histologie und vergleichenden mikroskopischen Anatomie der Haus-säugetiere, Paul Parey Verlag, Berlin: 1967

Hunter, R.H.F.: Function and malfunction of the fallopian tubes in relation to gametes, embryos and hormones, Europ.J.Obstet.Gynec.Reprod.Biol. 7, 267-283 (1977).

Jerusalem, C.: Eine kleine Modifikation der Goldner-(Masson)-Trichromfärbung, Z.wiss.Mikr. 65, 320-321 (1963).

Karnowsky, M.J.: A formaldehyde glutaraldehyde fixative of high osmolality for use in electron microscopy, J.Cell Biol. 27, 137 A (1965).

Kugler, P., Wrobel, K.-H., Wallner, H.J. und Heinzmann, U.: Histochemische und histologische Untersuchungen am menschlichen Eileiter unter verschiedenen hormonellen Einflüssen, Arch.Gynäk. 222, 197-211 (1977).

Lombard, L., Morgan, B.B. and Mc.Nutt, S.H.: The morphology of the oviduct of virgin heifers in relation to the estrous cycle, J.Morphol. 86, 1-15 (1950).

Nayak, R.K. and Ellington, E.F.: Ultrastructural and ultracytochemical cyclic changes in the bovine uterine tube (oviduct) epithelium, Amer.J.Vet.Res. 38, 157-168 (1977).

Nickel, R., Schummer, A. und Seiferle, E.: Lehrbuch der Anatomie der Haustiere, Band II, Paul Parey Verlag, Berlin: 1967

Odor, D.L.: The question of 'basal' cells in oviductal and endocervical epithelium, Fertility Sterility 25, 1047-1062 (1974).

Pauerstein, C.J.: From Fallopius to fantasy, Fertility Sterility 30, 133-140 (1978).

Rumery, R.E., Gaddum-Rosse, P., Blandau, R.J. and Odor, D.L.: Cyclic changes in ciliation of the oviductal epithelium in the pig-tailed macaque (*Macaca nemestrina*), Amer.J.Anat. 153, 345-366 (1978).

Rüsse, I. and Liebich, H.G.: Maturation of secretory granules in the endosalpinx one to four days post coitum in sheep, Cell Tissue Res. 201, 145-158 (1979).

Schilling, E.: Untersuchungen über den Bau und die Arbeitsweise des Eileiters vom Schaf und Rind, Zbl.Med.Vet. 9, 805-853 (1962).

Schilling, E.: Funktionell-anatomische Vorgänge beim Eitransport, Zschr.Tierz.Züchtungsbiol. 84, 290-306 (1968).

Stegner, H.E.: Das Epithel der Tuba uterina des Neugeborenen, Elektronenmikroskopische Befunde, Z.Zellforsch. 55, 247-262 (1961).

Temkin, O.: Soranus' Gynecology, The Johns Hopkins Press, Baltimore: 1956

Verhage, H.G., Abel, J.H., Tietz, W.J. and Barrau, M.D.: Development and maintenance of the oviductal epithelium during estrous cycle in the bitch, Biol.Reprod. 9, 460-474 (1973).

Wordinger, R.J., Dickey, J.F. and Ellicot, A.R.: Histochemical evaluation of the lipid droplet content of bovine oviductal and endometrial epithelial cells, J.Reprod.Fert. 49, 113-114 (1977).

Wrobel, K.-H.: Histologische, histochemische und elektronenmikroskopische Untersuchungen an der Cervix uteri des Rindes, Fortschritte der Veterinärmedizin, Band 15, Paul Parey Verlag, Berlin: 1971



## Nachwort

Für die Überlassung des Themas sowie für die hilfreiche Unterstützung bei der Fertigstellung danke ich Herrn Prof.Dr.Dr. K.-H. Wrobel sehr herzlich.Ebenfalls danke ich Herrn Prof.Dr. P. Walter für wertvolle Hinweise beim Zusammenschreiben der Dissertation.

Außerdem gilt mein Dank den Mitarbeitern des Ludwig-Boltzmann-Institutes in Wien für die Bestimmung der hormonellen Blutwerte und den Fotografen des Institutes für Anatomie in Regensburg, Frau Dassler und Herrn Siegert,für ihre technische Unterstützung.

Ebenso bin ich Frau R. Mademann für die Anfertigung der elektronenmikroskopischen Aufnahmen zu Dank verpflichtet.

Zum Schluß sei ganz besonders Frau E. Fallensbacher für ihre überaus freundliche und hilfreiche Anleitung bei den experimentellen Ausführungen gedankt.



## Lebenslauf

Am 17.3.1949 wurde ich als dritte Tochter des Architekten Kurt Barth und seiner Ehefrau Anne Lis, geb. Diemer, in Mainz geboren.

Von 1955-1959 besuchte ich die Grundschule in Wiesbaden. Anschließend wurde ich in die Helene-Lange-Schule, Gymnasium für Mädchen in Wiesbaden, eingeschult und legte dort 1967 das Abitur ab. Im Wintersemester 1967/68 begann ich in Giessen Tiermedizin zu studieren. Nach dem Vorphysikum wechselte ich zum Wintersemester 1968/69 an die Tiermedizinische Fakultät der Ludwig-Maximilians-Universität München über und legte 1972 den 3. Teil des Staatsexamens ab.

Ab November 1972 war ich als Mitarbeiterin in der medizinisch-wissenschaftlichen Abteilung der Firma Wülfing/Neuss tätig. Von 1973-1975 war ich als Fleischbeschautierärztin am Hamburger Schlachthof und Hafen angestellt. 1976 arbeitete ich in der Praxis eines Kollegen in Mühldorf/Inn. Ab 1977 bin ich am Institut für Anatomie der Universität Regensburg tätig.









